Bull. Soc. Myc. Fr., t. 91, fasc. 3, 1975.

LES CHAMPIGNONS MICROSCOPIQUES LIÉS AUX AIGUILLES DE SAPIN (*ABIES ALBA* MILL.) 3 : MICROFLORE DES AIGUILLES VIVANTES,

par F. GOURBIÈRE.

Résumé.

La présence d'une microflore épiphylle est démontrée par l'observation de la surface des aiguilles en microscopie électronique à balayage. 23 espèces de champignons microscopiques ont été isolées en culture, les principales espèces appartenant aux genres *Tripospermum, Aureobasidium, Dendrodochium* et *Polyscytalina.* En hiver cette microflore régresse et sa composition qualitative se modifie. L'étude a également précisé l'évolution de la microflore au cours de la vie particulièrement longue (9 ans) des aiguilles. Si l'on compare cette microflore avec celle des aiguilles mortes, il apparait que certaines espèces disparaissent lors de la mort des aiguilles alors que se développent les saprophytes primaires dont un certain nombre sont déjà présents sur les aiguilles vivantes.

*
**

Dans le cadre d'une étude des microflores épiphylles du Sapin, nous avons précédemment décrit la colonisation des aiguilles lors de leur chute (Gourbière, 1975), nous présentons ici les résultats obtenus quant à la microflore des aiguilles vivantes.

La sénescence et la chute des feuilles s'accompagnent du développement de nombreux saprophytes (Hudson, 1971), dont diverses méthodes (Dickinson, 1971) ont démontré la présence sur les feuilles vivantes bien avant la sénescence. Ruinen (1961) a décrit la luxuriance de ces microflores sur les feuillages sempervirents en climat tropical, plusieurs auteurs ont montré leurs présences sur les feuilles de plantes herbacées (Dickinson, 1967), ou d'arbres à feuilles caduques (Hogg et Hudson, 1966) en climat tempéré. Dickinson (1965) a étudié la microflore des feuilles pérennes d'*Halimione* sur les côtes européennes, mais aucune étude n'a abordé le cas des conifères en montagne, c'est-à-dire des feuillages sempervirents en climat à saison froide bien marquée.

Il était donc intéressant d'étudier ce stade pionnier de la colonisation des feuilles par les micro-organismes dans le cas d'un conifère dont la longue vie des aiguilles (8 à 10 ans) est entrecoupée de périodes hivernales rigoureuses en raison de l'altitude (supérieure à 1000 m) où se rencontre cette espèce. Dans ce but nous avons donc

étudié la microflore des aiguilles d'*Abies alba* en fonction de leur âge, avant, pendant et à la fin de l'hiver 1972-73.

Les levures et les bactéries s'étant révélées très peu abondantes, notre travail concerne exclusivement les champignons filamenteux.

Matériel et Méthodes.

Matériel. Comme lors de nos précédents travaux, les aiguilles proviennent d'une sapinière du Massif du Pilat (Massif Central), située à 1100 m d'altitude près de Tarentaise (Loire). Nous avons prélevé les aiguilles des branches basses (à deux mètres du sol environ), d'après Lamb et Brown (1970) la microflore fongique épiphylle ne se modifie pas avec la hauteur sur l'arbre. L'âge des aiguilles se détermine aisément d'après la ramification des rameaux et les cicatrices de bourgeons, nous n'avons considéré que les neuf premières années en laissant de côté les aiguilles plus âgées qui sont peu abondantes.

Les prélèvements ont été effectués les 11 septembre 1972, 16 janvier 1973 et 2 avril 1973.

Méthodes. La méthode d'isolement en culture a été décrite précédemment (Gourbière, 1975) : après dix lavages successifs en milieu stérile, les aiguilles sont placées sur un milieu nutritif gélosé (P.D.A. : extrait de pomme de terre glucosé et gélosé). Cette technique permet l'isolement des seules espèces actives fixées à la surface des feuilles. Les colonies sont prélevées au fur et à mesure de leur apparition et ceci pendant un mois, l'identification est faite après isolement. Malgré cette longue incubation certaines colonies ne dépassent pas un ou deux millimètres.

Pour les observations au microscope électronique à balayage les aiguilles sont métallisées (carbone puis or) et observées avec un microscope JEOL (type JSM 2, tension d'accélération de 25 kv).

Notation des résultats. Ils sont exprimés en pourcentage d'aiguilles où une espèce a été isolée (une ou plusieurs fois), le total correspondant au nombre d'espèces par aiguille × 100.

La rubrique « divers » regroupe les isolements restés stériles, les levures et quelques isolements de Penicillium.

Dans notre première communication (Gourbière, 1974), *Tripospermum camelopardus* était décrit sous le nom de *T. myrti*, espèce très voisine.

Aureobasidium pullulans représente le stade *Aureobasidium* de *Dothichiza pityophila* ; *Polyscytalina grisea* a été décrit très brièvement par Arnaud (1953).

Résultats et discussion.

Composition de la microflore. A partir des 810 aiguilles utilisées lors de cette étude nous avons isolé et déterminé 23 espèces de champignons microscopiques (Tableaux I, II, III). Trois d'entre elles (*Tripospermum, Dendrodochium* et *Aureobasidium* sp1) représentent à elles seules 50 % des isolements, et les trois espèces suivantes par ordre d'abondance (S59 stérile, *Aureobasidium* sp4 et *Polyscytalina*)

TABLEAU I.

Microflore des aiguilles au mois de Septembre.
(en % d'aiguilles colonisées par chaque espèce).

Age des aiguilles (en années)	1	2	3	4	5	6	7	8	9	Moy.
Tripospermum camelopardus Ingold et al.	37	57	63	37	47	37	23	17	33	39.0
Aureobasidium sp. 4	7	7	13	20	13	20	20	20	40	17.8
Polyscytalina grisea Arnaud	17	10	13	20	10	10	30	10	13	14.8
Dendrodochium epistomum Sacc. et Briard	10	13	3	13	7	13	10	27	17	12.5
Aureobasidium sp. 1	3	10	3	7	20	10	13	17	17	11.1
Hormiactis sp.	0	13	3	13	3	10	7	13	0	6.9
S59 stérile	3	7	13	10	3	3	7	10	3	6.5
Cryptocline abietina Petrak	0	0	7	3	13	7	7	7	7	5.7
Cladosporium cladosporioides (Fres.) de Vries	0	0	0	0	10	13	10	10	7	5.5
Aureobasidium pullulans (de Bary) Arnaud	7	13	0	7	3	10	0	0	0	4.4
Rhinocladiella mansonii (Cast.) Schol-Schwarz	0	3	10	3	0	7	0	3	10	4.0
Chalara sp.	0	3	3	0	3	0	7	0	7	2.6
Cytospora friesii Sacc.	0	0	0	0	0	3	0	7	7	1.9
Alternaria alternata (Fr.) Keissl.	0	0	0	3	0	0	0	7	0	1.1
Epicoccum nigrum Link	0	0	0	0	0	0	0	3	3	0.7
Pleurophomella sp. 1)	0	0	0	0	0	0	0	3	3	0.7
Divers	29	10	29	24	10	13	20	13	23	19.0
Total : 100 = nombre d'espèces par aiguille	1,13	1,46	1,60	1,60	1,42	1,56	1,54	1,67	1,90	1,54

(1) Stade *Pleurophomella* de *Tympanis abietina* Groves.

TABLEAU II.

Microflore des aiguilles au mois de Janvier.
(en % d'aiguilles colonisées par chaque espèce).

Age des aiguilles (en années)	1	2	3	4	5	6	7	8	9	Moy.
Dendrodochium epistomum Sacc. et Briard	23	50	17	43	13	33	63	33	43	35.3
Aureobasidium sp. 1	10	10	13	20	37	50	20	40	37	26.3
Tripospermum camelopardus Ingold et al.	7	23	17	17	13	7	27	20	10	15.7
S59 stérile	0	3	3	10	23	7	13	0	17	8.4
Cytospora friesii Sacc.	3	0	0	0	0	37	0	3	3	5.1
Rhinocladiella mansonii (Cast.) Schol-Schwarz ..	0	7	10	7	0	3	0	0	3	3.3
Stagonospora abietis Roll. et Fautr.	0	0	7	3	7	0	3	0	0	2.2
Alysidium sp.	0	3	3	0	0	0	3	10	0	2.1
Cladosporium cladosporioides (Fres.) de Vries ..	0	0	13	0	3	0	0	0	0	1.8
Aureobasidium pullulans (de Bary) Arnaud	3	3	0	0	3	0	0	3	3	1.7
Cryptocline abietina Petrak	3	0	3	0	0	0	3	0	0	1.0
Coniothyrium dispersellum Karst.	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0.3
Alternaria alternata (Fr.) Keissl.	0	0	0	0	0	0	0	0	3	0.2
Divers	6	3	30	10	6	3	3	13	0	8.2
Total : 100 = nombre d'espèces par aiguille	0,55	1,02	1,19	1,10	1,05	1,40	1,35	1,22	1,19	1,17

TABLEAU III.

Microflore des aiguilles au mois d'Avril.
(en % d'aiguilles colonisées par chaque espèce).

Age des aiguilles (en années)	1	2	3	4	5	6	7	8	9	Moy
S59 stérile	3	13	10	7	23	10	13	30	20	14.3
Tripospermum camelopardus Ingold et al.	0	7	10	7	20	17	7	20	3	10.1
Aureobasidium sp. 1	0	0	3	3	20	30	10	10	10	9.5
Septonema sp.	3	3	0	0	10	3	3	3	17	4.7
Dendrodochium epistomum Sacc. et Briard	3	3	0	0	17	0	3	3	10	4.3
Bahusakala sp.	0	0	7	0	0	3	10	10	3	3.7
Pleurophomella sp. 2)	0	3	0	3	0	0	3	13	7	3.2
Rhinocladiella mansonii (Cast.) Schol-Schwarz.	0	0	3	0	3	3	3	3	3	2.0
Aureobasidium pullulans (de Bary) Arnaud	0	0	7	3	3	0	0	0	0	1.4
Cladosporium cladosporioides (Fres.) de Vries	0	3	0	3	0	0	3	0	0	1.0
Aureobasidium sp. 4	0	0	0	0	0	0	3	3	0	0.7
Capnobotrys neesii Hughes	3	0	0	3	0	0	0	0	0	0.7
Cytospora friesii Sacc.	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0.3
Coniothyrium dispersellum Karst.	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0.3
Divers	0	0	6	0	6	3	3	3	7	3.1
Total : 100 = nombre d'espèces par aiguille	0,12	0,32	0,49	0,29	1,02	0,69	0,64	0,98	0,80	0,59

(2) Stade *Pleurophomella* de *Tympanis truncatula* (Pers. ex Fr.) Rehm.

en regroupent encore 20 %. Le reste des isolements se répartit entre 21 % à 17 espèces identifiées mineures et 9 % aux divers. Les six espèces citées ci-dessus forment un groupe assez constant, bien que la dispersion soit plus marquée que sur les aiguilles mortes où les trois principales espèces représentent 80 % des isolements et les six premières 90 % (GOURBIÈRE, 1975).

Parmi les espèces identifiées se trouvent un certain nombre de champignons ubiquistes : *Cladosporium, Alternaria, Epicoccum* et *Rhinocladiella*. A l'opposé d'autres espèces ne se rencontrent que sur certains conifères : *Aureobasidium pullulans* (stade de *Dothichiza pityophila*), *Cytospora friesii, Coniothyrium dispersellum, Cryptocline abietina*, stades *Pleurophomella* de *Tympanis abietina* et *T. truncatula, Polyscytalina grisea* et *Stagonospora abietis*.

TABLEAU IV.

Evolution des saprophytes primaires lors de la chute des aiguilles. Pour chaque espèce l'accroissement est le rapport : % d'aiguilles tombées colonisées/% d'aiguilles vivantes colonisées.

	Aiguilles tombées		Aiguilles vivantes	Accroissement	
	brunes	vertes		brunes	vertes
Coniothyrium	0,4	0,4	0,2	2,0	2,0
Cladosporium	7,1	7,6	2,4	3,0	3,1
Aureobasidium sp. 1	65,8	32,3	15,6	4,2	2,1
Alternaria	4,6	0,9	0,5	9,2	1,8
A. pullulans	22,8	31,0	2,5	9,1	12,4
Cytospora	49,4	44,3	2,4	20,6	18,5
Epicoccum	15,0	5,1	0,2	75,0	25,1

(en % d'aiguilles colonisées par chaque espèce).

Aucune de ces espèces n'est vraiment spécifique du seul *Abies alba*, elles correspondent assez bien au type d'espèces que HUDSON (1968) qualifie de restreint à un groupe d'hôtes, ici les conifères.

L'ensemble des espèces citées ci-dessus ne représente qu'une faible part de la microflore et ne contient qu'une des six espèces principales. Ces dernières, même lorsqu'elles ont été identifiées, ne sont pas assez connues pour que l'on puisse se prononcer sur leur écologie.

Ainsi *Tripospermum camelopardus* n'était jusqu'ici connu que dans des eaux de torrent en Angleterre, en dehors de l'aire de répartition d'*Abies alba* (INGOLD et coll., 1968) et sans que ces auteurs aient pu déterminer l'origine des spores. L'espèce voisine *T. myrti* est épiphylle sur *Fraxinus* et *Arundinaria* (ELLIS, 1971), sur *Alnus* et *Acer* (INGOLD et COX, 1957) et se rencontre aussi sur Myrtacées (ELLIS, 1971). *T. jasmini* a été décrit par SINGH (1972) sur les feuilles de *Jasminium*. Le genre semble bien être épiphylle mais les données sur la répartition des espèces sont encore trop fragmentaires pour se prononcer sur leurs spécificités d'hôtes.

Dendrodochium epistomum a été déterminé en culture au Centraal Bureau Voor Schimmelcultures d'après du matériel d'herbier. Cette espèce décrite sur *Quaternaria* (Saccardo, 1886) est très mal connue, tant du point de vue systématique que du point de vue écologique. Contrairement à la plupart de nos espèces celle-ci n'est pas pigmentée. On sait que la pigmentation est très répandue dans les microflores épiphylles et que les auteurs y voient un mécanisme de défense contre l'insolation (Pugh et Williams, 1968) et la dessiccation (Diem, 1971). Le maximum hivernal de *Dendrodochium* est peut être lié à la disparition de ces deux facteurs limitants en hiver.

Les *Aureobasidium* sp1 et sp4 ne sont pas identifiables ni aux souches de *Dothichiza pityophila*, ni au stade *Aureobasidium* de *Guignardia fagi* (Hudson, 1966) et jusqu'à présent nous n'avons pu les relier à aucun stade parfait. Nous pensons cependant qu'il ne s'agit pas d'espèces ubiquistes mais plutôt d'espèces particulières aux conifères.

L'espèce « S59 » donne des colonies stériles à allures de sclérotes contournés dont l'identification s'avère également difficile.

Comparaison avec la microflore des aiguilles mortes. En nous référant à notre précédente étude (Gourbière, 1975) sept espèces seulement se retrouvent sur les aiguilles mortes lors de leur chute (tableau IV), et l'on constate qu'hormis *Aureobasidium* sp1 ce sont des espèces peu abondantes sur les aiguilles vivantes. Le tableau IV met en évidence une progression depuis des espèces presqu'aussi abondantes sur les aiguilles vivantes que sur les mortes (groupe II), jusqu'à des espèces nettement liées à la mort des aiguilles (groupe III : *Aureobasidium pullulans, Cytospora, Epicoccum*).

La présence précoce sur les feuilles vivantes des microorganismes qui les envahiront lors de la sénescence a déjà été établie dans le cas des feuilles annuelles (Dickinson, 1967). Ces espèces (groupes II et III) peuvent donc être considérées comme des saprophytes primaires au sens de Hudson (1971). Contrairement aux exemples étudiés par d'autres auteurs, ils ne forment pas ici l'essentiel de la microflore des aiguilles vivantes.

Nous n'avons jamais isolé les autres espèces (groupe I) à partir des aiguilles mortes, sauf rares exceptions sur des aiguilles tombées encore vertes. Ce fait est intéressant car dans la majorité des cas étudiés tous les micro-organismes des feuilles vivantes persistent et se développent lors de la mort de la feuille. Un doute subsiste cependant car notre groupe I est formé d'espèces dont la croissance très lente pourrait être entravée et masquée par la croissance rapide et extensive des saprophytes primaires, cette hypothèse nous semble cependant peu probable. Le développement lent et limité des espèces du groupe I est d'ailleurs suffisant pour les exclure des saprophytes primaires (groupes II et III) dont la rapidité de croissance est un des caractères distinctifs (Hudson, 1968).

Kendrick et Burgess (1962) ont rencontré un fait semblable sur les aiguilles de *Pinus sylvestris* où *Coniosporium* se trouve abondemment sur les aiguilles vivantes et ne peut être isolé des aiguilles mortes. Ces auteurs écrivent : « ... one or two rather restricted colonies usually appeared on a single needle », ce qui correspond bien aux conditions d'isolement de nos espèces. Birti (1956) avait déjà

isolé un *Coniosporium* à partir d'aiguilles vivantes de divers conifères.

Il semble donc que chez les conifères les saprophytes primaires soient précédés sur les aiguilles vivantes d'une microflore particulière qui disparait lors de la mort de l'aiguille et du développement des saprophytes.

EVOLUTION DE LA MICROFLORE AU COURS DE LA VIE DES AIGUILLES. La durée de vie des aiguilles (8-10 ans) ne permettant pas de suivre réellement la colonisation d'une génération d'aiguilles, nous avons tenté de reconstituer celle ci en étudiant la microflore des aiguilles à un moment donné en fonction de leur âge. D'après l'indice de colonisation employé (nombre d'espèces par aiguille) la microflore totale présente des variations importantes au cours d'une année et d'année en année.

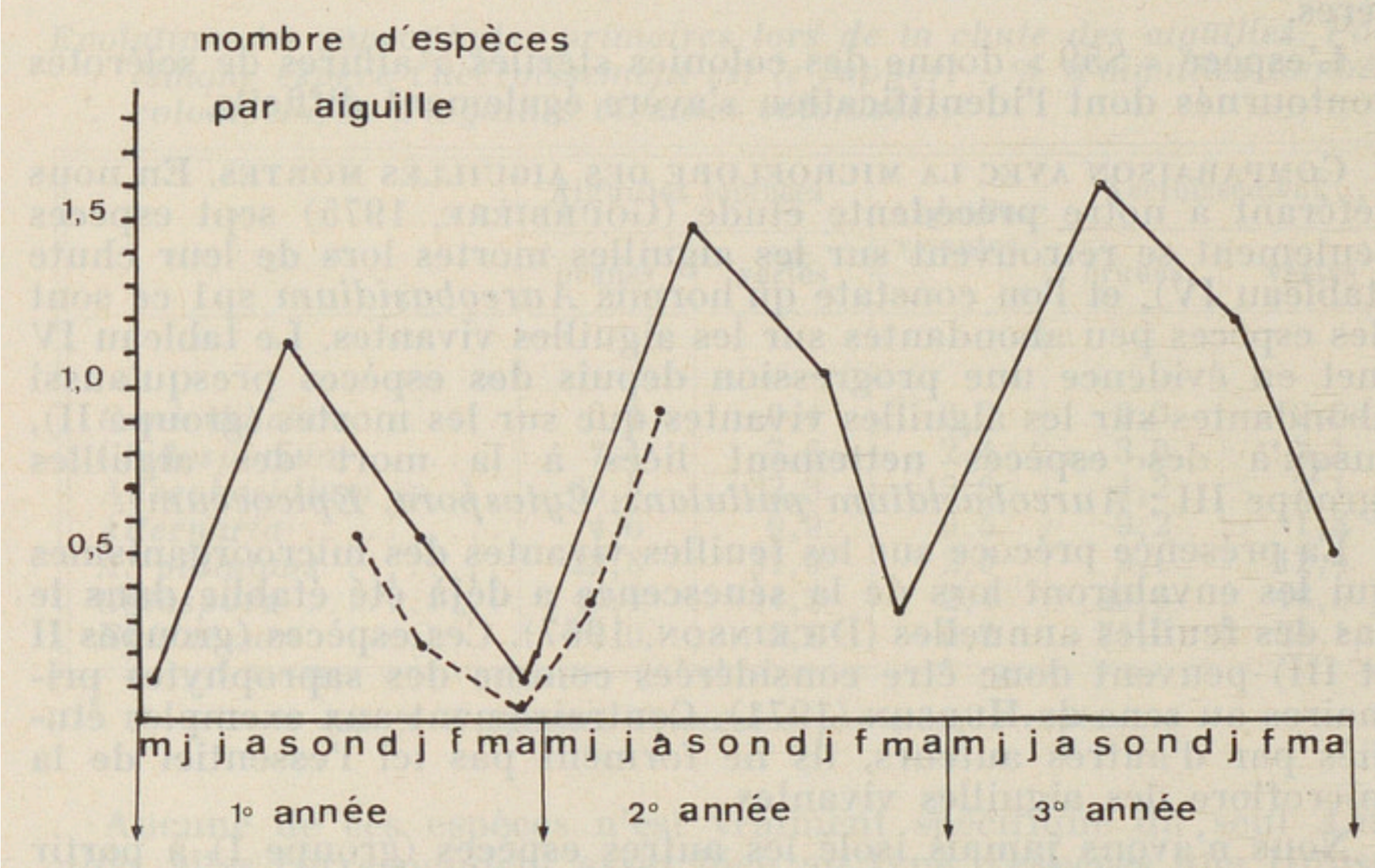

FIG. 1. — Evolution de la microflore au cours des trois premières années de la vie des aiguilles.
(En traits plein, observations réalisées en 1972-73 ; en pointillé, celles réalisées en 71-72).

1) A un moment donné la colonisation augmente avec l'âge des aiguilles, surtout les premières années et cet accroissement est plus visible en hiver qu'en été.

2) Pour des aiguilles d'âge donné, la microflore régresse de Septembre à Avril, régression plus importante sur les aiguilles jeunes (de 9/10 sur les aiguilles de l'année, de 1/2 sur les aiguilles de 8-9 ans).

Un prélèvement effectué lors du débourrage des bourgeons en Mai 1973 a montré une très faible colonisation (0,12 espèces par aiguille). Les résultats obtenus en 1971-1972 (GOURBIÈRE, 1974) sur

les aiguilles de 6 à 18 mois sont en bon accord avec les phénomènes observés l'année suivante (Fig. 1).

On peut donc reconstituer à partir de ces observations l'évolution de la microflore au cours de la vie d'une aiguille (Fig. 1). Absents à la sortie du bourgeon, les micro-organismes s'installent au cours de l'été puis régressent durant la période hivernale. Au cours des années suivantes il y a alternance d'extensions estivales et de régressions hivernales, les valeurs des maximum et des minimum s'élevant progressivement d'une année à l'autre.

Cette évolution globale recouvre cependant des comportements variables selon les espèces.

Ainsi le tableau V montre la distribution, lors de leur maximum saisonnier, des six espèces principales avec l'âge des aiguilles, mis en évidence par un calcul de moyenne mobile à partir des résultats précédents. Si certaines espèces (*Aureobasidium* sp1, *A.* sp4, S59 stérile) augmentent avec l'âge des aiguilles, d'autres semblent peu sensibles à cette évolution (*Dendrodochium*, *Polyscytalina*) et l'espèce principale, *Tripospermum*, montre même une nette préférence pour les aiguilles jeunes. Il est à noter que lorsque ces espèces sont en régression leur répartition se modifie et dépend moins de l'âge des aiguilles. L'accroissement de la microflore sur les aiguilles âgées s'explique au moins en partie par l'altération de leur surface, parfois visible à l'œil nu et qui facilite l'implantation et la nutrition des micro-organismes.

TABLEAU V.

Répartition des espèces en fonction de l'âge des aiguilles.
(Lors de leur maximum saisonnier indiqué entre parenthèse).

Age des aiguilles	2	3	4	5	6	7	8 ans	
Tripospermum	52	52	49	40	36	26	24	(Septembre)
Aureobasidium sp.1 ..	11	14	23	36	36	37	36	(Janvier)
Aureobasidium sp.4 ..	9	13	14	18	18	20	27	(Septembre)
Stérile S59	9	10	13	13	15	18	21	(Avril)
Dendrodochium	31	37	24	30	36	43	46	(Janvier)
Polyscytalina	13	14	14	13	17	17	18	(Septembre)

Par ailleurs, si certaines espèces disparaissent (*Aureobasidium* sp4, *Polyscytalina*) ou régressent fortement en hiver (*Tripospermum*), deux sont le plus abondantes en Janvier (*Aureobasidium* sp1, *Dendrodochium*) et S59 stérile présente même son maximum en Avril, lors du minimum de la microflore totale.

Une régression hivernale de la microflore a été aussi observée chez le Pin par KENDRICK et BURGES (1962) qui l'expliquent par la chute des aiguilles colonisées. Chez le sapin, toutes les aiguilles étant colonisées à la fin de l'été alors que seule une petite fraction tombera à l'automne, il faut admettre que la colonisation est en grande partie réversible surtout sur les aiguilles jeunes. Les causes de la régression hivernale sont à rechercher dans les conditions climatiques : croissance faible ou nulle à des températures inférieures à 0°C, chute de neige sur les aiguilles et peut être plus encore le regel de

l'eau de fusion de la neige sur les aiguilles qui détacherait les colonies fongiques de leur support. Il restera cependant à expliquer pourquoi certaines espèces se développent préférentiellement en hiver.

Il est remarquable que les variations dues au cycle saisonnier soient nettement plus importantes que celles liées à l'âge des aiguilles, ces dernières provenant surtout d'une meilleure résistance de la microflore en hiver sur les aiguilles âgées.

Conclusions.

La surface des aiguilles de Sapin représente un cas très particulier de phyllosphère tant au niveau de l'aiguille (forme, structure, composition chimique) qu'au point de vue de son environnement (feuillage persistant, forêt peu ensoleillée, climat rigoureux). Dans une forêt adulte (80 ans environ) ces caractéristiques ont dû sélectionner une microflore épiphylle bien adaptée au substrat et aux conditions climatiques.

L'étude de cette microflore montre qu'elle est formée de petits groupes écologiques différents par des combinaisons de caractères et se relayant au cours du temps. Nous n'avons ici envisagé que trois critères : optimum saisonnier, degré de spécificité par rapport à l'hôte et comportement lors de la sénescence. Bien d'autres critères pourraient être étudiés, tant *in situ* : possibilité de sporulation ou seulement de croissance végétative (Dickinson, 1965), colonisation externe ou interne, qu'en culture : pigmentation, caractères nutritionnels, vitesse de croissance. Une telle étude conduirait probablement à distinguer de nombreux types écologiques à l'intérieur de la microflore épiphylle.

Les observations réalisées grâce au microscope à balayage (Fig. 2) montrent les habitats possibles à la surface des aiguilles ; deux zones semblent privilégiées : la partie médiane déprimée de la face supérieure (photos a et b) et les zones à stomates de la face inférieure, particulièrement riches en dépôts cireux (photos c à f).

Enfin certains problèmes posés par l'existence des microflores (biomasse et productivité), très complexes au niveau de la litière et plus encore du sol, peuvent être ici abordés sur un modèle très simple. Ruinen (1961) a décrit sur les feuillages tropicaux une évolution de la phyllosphère vers des « sols » associés à la rhizosphère des plantes supérieures épiphytes. Par ailleurs, en climat tempéré la microflore épiphylle apparaît comme « le véritable stade pionnier de l'humification » (Mangenot, 1966) et les pluviolessivats qui ont subi son action préfigurent déjà le type d'humus du sol (Bruckert et coll., 1971). Il y a donc certainement dans l'étude de la phyllosphère une possibilité d'aborder le problème général du rôle des microflores dans les écosystèmes.

Nous tenons à remercier le Centraal Bureau Voor Schimmelcultures (Baarn) pour l'identification de certaines espèces, M. H. J. Hudson (Cambridge) qui a bien voulu examiner nos souches d'*Aureobasidium* ainsi que M^lle^ Lecocq (Nantes) pour la réalisation des clichés au microscope à balayage.

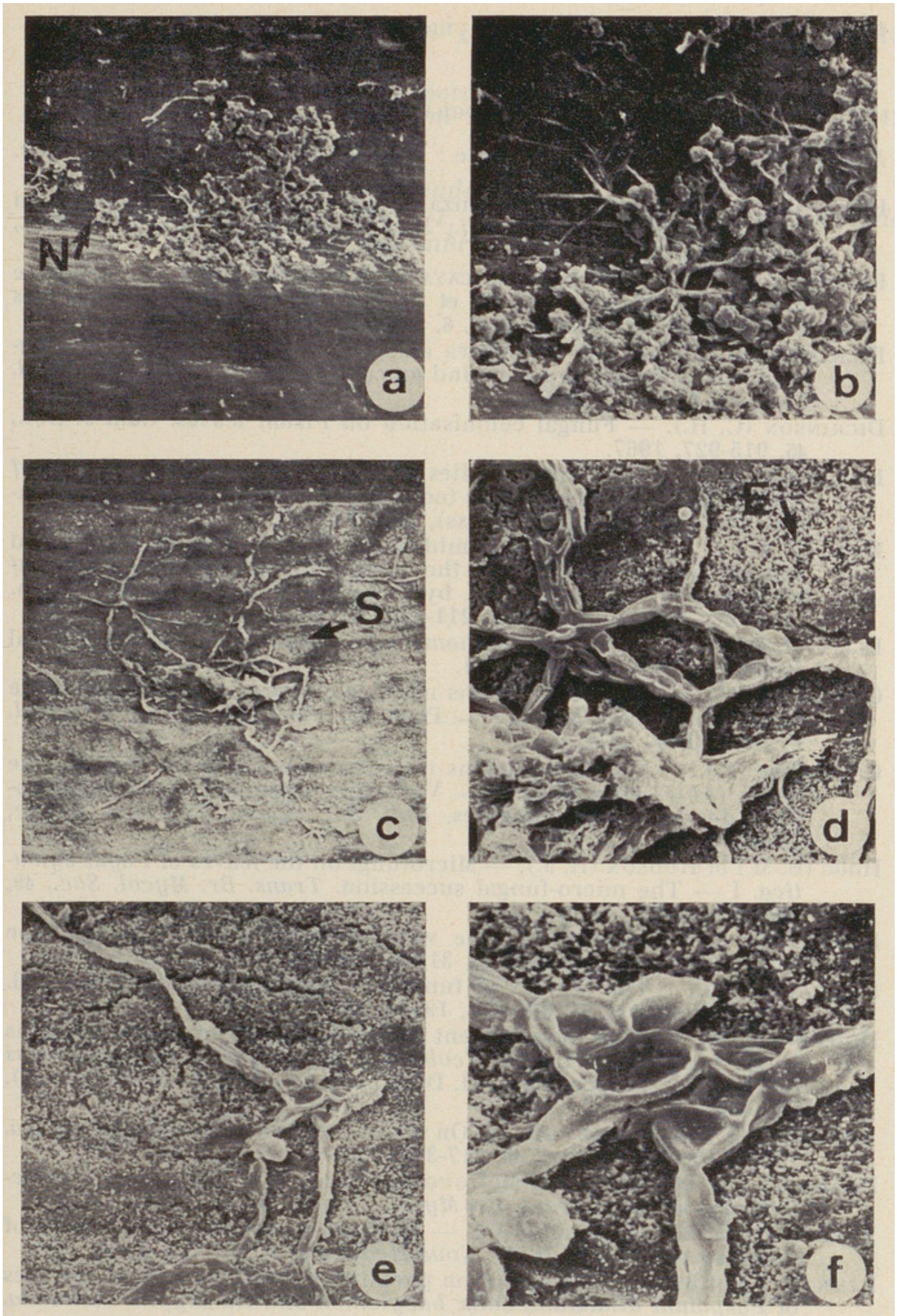

Fig. 2. — Colonies microfongiques à la surface des aiguilles de Sapin, observées au microscope à balayage (Mars 1974).

a, b : Face supérieure d'une aiguille de 1 an (a × 75, b × 225), montrant le développement fongique dans la dépression due à la nervure N (photo a).

c, d : Face inférieure d'une aiguille de 5 ans (c × 150, b × 750). La colonie mycélienne est probablement implantée sur un stomate. Notez que l'ostiole des stomates (S, photo c) est complètement obturée par des excroissances cireuses dont le détail est visible en E (photo d).

e, f : Face inférieure d'une aiguille de 5 ans (e × 750, f × 2250), montrant une jeune colonie, peut être issue d'une spore de *Tripospermum*.

Bibliographie.

Arnaud (G.). — Mycologie concrète : Genera II (suite et fin). *Bull. Soc. Mycol. Fr.*, **69**, 265-306, 1953.

Birti (M.). — Ricerche sulla presenza di germi fungini non patogeni su fogli di conifere alpine. *Atti., Mem. Acad. patav. Sci. Lett. Arti.*, **69**, 137-154, 1956.

Bruckert (S.), Toutain (F.), Tchicaya (J.) et Jacquin (F.). — Influence des pluviolessivats de Hêtre et de Pin sylvestre sur les processus d'humification. *Oecol. Plant.*, **6**, 329-339, 1971.

Dickinson (C. H.). — The mycoflora associated with *Halimione portulacoides* III : Fungi on green alnd moribund leaves. *Trans. Br. mycol. Soc.*, **48**, 603-610, 1965.

Dickinson (C. H.). — Fungal colonisation on *Pisum* leaves. *Can. J. Bot.*, **45**, 915-927, 1967.

Dickinson, (C. H.). — Cultural studies of leaf saprophytes. *In Ecology of leaf surface micro-organisms* (ed. by T. F. Preece and C. H. Dickinson. London : Academic Press), 129-137, 1971.

Diem (H. G.). — Effect of low humidity on the survival of germinated spores commonly found in the phyllosphere. *In Ecology of leaf surface micro-organisms* (ed. by T. F. Preece and C. H. Dickinson. London : Academic Press), 211-219, 1971.

Ellis (M. B.). — *Dematiaceous hyphomycetes*. Commonwealth Mycological Institute, Kew, 608 pp., 1971.

Gourbière (F.). — Les champignons microscopiques liés aux aiguilles de Sapin (*Abies alba* Mill.). 1 — Premiers résultats. *Bull. Soc. Mycol. Fr.*, **90**, 89-96, 1974.

Gourbière (F.). — Les champignons microscopiques liés aux aiguilles de Sapin (*Abies alba* Mill.). 2 — Variations saisonnières de la microflore des aiguilles tombantes. *Bull. Soc. Mycol. Fr.*, sous presse, 1975.

Hogg (B. M.) et Hudson (H. J.). — Microfungi on the leaves of *Fagus sylvatica*. I — The micro-fungal succession. *Trans. Br. Mycol. Soc.*, **49**, 185-192, 1966.

Hudson (H. J.). — An ascomycète with *Aureobasidium pullulans* type conidia. *Nova Hedwigia*, **10**, 319-328, 1966.

Hudson (H. J.). — The ecology of fungi on plant remains above the soil. *New Phytologist*, **67**, 837-874, 1968.

Hudson (H. J.). — The development of the saprophytic fungal flora as leaves senesce and fall. *In Ecology of leaf surface micro-organisms* (ed. by T. F. Preece and C. H. Dickinson, London, Academic Press), 447-455, 1971.

Ingold (C. T.) et Cox (V. J.). — On *Tripospermum* and *Campylospora*. *Trans. Br. Mycol. Soc.*, **40**, 317-321, 1957.

Ingold (C. T.), Dann (V.) and McDougall (P. J.). — *Tripospermum camelopardus* sp. nov. *Trans. Br. Mycol. Soc.*, **51**, 51-56, 1968.

Kendrick (W. B.) et Burges (A.). — Biological aspects of the decay of *Pinus sylvestris* leaf litter. *Nova Hedwigia*, **4**, 313-342, 1962.

Lamb (R. J.) et Brown (J. F.). — Non parasitic microflora on leaf surfaces of *Paspalum dilatatum, Salix babylonica* and *Eucalyptus stellulata*. *Trans. Br. Mycol. Soc.*, **55**, 383-390, 1970.

Mangenot (F.). — Interactions nutritionnelles au niveau de la feuille. Rapport général. *Ann. Inst. Past.*, **111**, 329-341, 1966.

Pugh (G. J. F.) et Williams (G. M.). — Fungi associated with *Salsola kali*. *Trans. Br. Mycol. Soc.*, **51**, 389-396, 1968.

Ruinen (J.). — The phyllosphère. I. An ecologically neglected milieu. *Plant and Soil*, **15**, 81-109, 1961.

SACCARDO (P. A.). — *Sylloge Fungorum*, Vol. III, 1884.
SINGH (S. M.). — A new species of *Tripospermum*. *Sydowia*, **25**, 147-148, 1971 (72).

(*Université Claude Bernard, Lyon I,*
Laboratoire d'Ecologie, Bât. 741, Département de Biologie Végétale,
43 boulevard du 11 Novembre 1918, 69621 - Villeurbanne).